

36

Circular  
TécnicaFortaleza, CE  
Dezembro, 2011

## Autores

**Ana Cristina Portugal Pinto de Carvalho**Bióloga, D. Sc. em Genética,  
pesquisadora da Embrapa  
Agroindústria Tropical,  
CEP 60511-110, Fortaleza, CE,  
cristina@cnpat.embrapa.br**Marcos Vinícios Marques Pinheiro**Engenheiro Agrônomo,  
Doutorando em Botânica,  
Universidade Federal de Viçosa,  
CEP 36570-000, Viçosa, MG,  
macvini@gmail.com**Gabriellen de Maria Gomes Dias**Engenheira Agrônoma,  
Doutoranda em Fitotecnia,  
Universidade Federal de Lavras,  
CEP 37200-000, Lavras, MG,  
gabriellen@gmail.com**Levi de Moura Barros**Engenheiro Agrônomo, D. Sc. em  
Genética e Melhoramento  
de Plantas,  
pesquisador da Embrapa  
Agroindústria Tropical,  
CEP 60511-110, Fortaleza, CE,  
levi@cnpat.embrapa.br

Embrapa

# Estiolamento In Vitro: Uma Alternativa para a Produção de Mudas Micropropagadas de Antúrio

## Introdução

Entre as espécies ornamentais cultivadas, os antúrios merecem destaque devido ao tamanho, cor e durabilidade pós-colheita de suas inflorescências e folhagens. Pertencem à família Araceae e ao gênero *Anthurium*, sendo ornamental a maioria das 800 espécies. O *Anthurium andraeanum* Linden é largamente utilizado na floricultura como flor de corte, folhagem ou planta envasada, e no paisagismo, sendo a espécie do gênero de maior importância econômica e a segunda flor tropical (Figura 1) mais comercializada no mundo, perdendo apenas para as orquídeas (CASTRO et al., 2004). O antúrio destaca-se como um dos produtos comerciais de maior potencial tanto no mercado interno quanto no externo. Suas inflorescências atingem o maior preço unitário, quando comparado com o de outras flores tropicais, além de possuírem longa durabilidade e resistência, em média de 25 a 30 dias, podendo chegar a 40 dias (JUNQUEIRA, PEETZ, 2008).

Embora sejam originados em regiões tropicais, os antúrios são produzidos sob estufas em todo o mundo. Aproximadamente 90% de sua comercialização ocorre na Europa, principalmente na Holanda. No Brasil, é produzido em vários locais, destacando-se o vale do Ribeira, em São Paulo, como o principal polo produtor onde existe cerca de 1,7 milhão de plantas cultivadas sob telados (Figura 2) (ANTÚRIO, 2009).



Foto: David dos Santos Júnior

**Figura 1.** Inflorescência de antúrio (cv. Eidibel), tipo espiga (espádice) e folha modificada (espatá), estruturas comumente chamadas de flor.



Foto: David dos Santos Júnior

**Figura 2.** Plantio comercial da cultivar de antúrio Eidibel, sob cultivo protegido, na região do Vale do Ribeira, em São Paulo.

Os antúrios são plantas semi-herbáceas, eretas, e o que normalmente se conhece por flor é na verdade um conjunto formado por uma espádice e pela espata (Figura 3).

Desenho: Frank Silva



**Figura 3.** Desenho esquemático das partes componentes do antúrio (*Anthurium andraeanum*) raiz (A); inflorescência (espádice e espata) (B); espádice (C); flor (vista frontal) (D); flor (vista lateral) (E); infrutescência (F); fruto tipo baga (G); detalhe do fruto (H).

Fonte: (TOMBOLATO; CASTRO 2005).

A espádice é uma inflorescência constituída por flores minúsculas dispostas em espiral (Figura 4), sendo protegida por uma folha modificada (bráctea colorida) denominada espata. As flores são hermafroditas e apresentam o fenômeno da protoginia, ou seja, os órgãos sexuais femininos atingem primeiramente a maturidade e tornam-se receptivos, enquanto as estruturas masculinas ainda se encontram imaturas, dificultando a autofecundação e favorecendo o cruzamento natural entre plantas (TOMBOLATO; CASTRO, 2005).

A produção comercial de antúrio tem crescido, em todo o mundo, visando atender o aumento da demanda por suas inflorescências. Seu valor econômico tem aumentado significativamente nas

últimas duas décadas, com expectativa crescente de aumento tanto no mercado interno quanto externo (GANTAIT; MANDAL, 2010).

Nos plantios são utilizadas variedades/cultivares de diferentes procedências, melhoradas no Brasil e na Europa, além de algumas seleções de coleções particulares (CASTRO et al., 2004). Leme (2004) relata que as cultivares nacionais, desenvolvidas pelo programa de melhoramento genético do Instituto Agrônomo (IAC), em Campinas, SP, além de competirem com as variedades importadas, levam a vantagem de menor custo na aquisição das mudas e serem plantas rústicas e adaptadas às nossas condições climáticas. O desenvolvimento das cultivares nacionais de antúrio adaptadas às condições tropicais (TOMBOLATO et al., 2004b) tem contribuído efetivamente para o aumento da área plantada, bem como para a melhoria da qualidade das inflorescências. Dentre as principais cultivares lançadas pelo IAC, destaca-se a Eidibel (IAC 0-11). Suas plantas são vigorosas, de porte médio, altamente produtivas e de crescimento rápido, apresentando espata cordiforme de tamanho médio, com textura grossa e boa enervação, de coloração vermelho forte e espádice branca (Figura 1). Atualmente é a principal cultivar de antúrio comercializada para flor de corte no País (TOMBOLATO et al., 2004a).

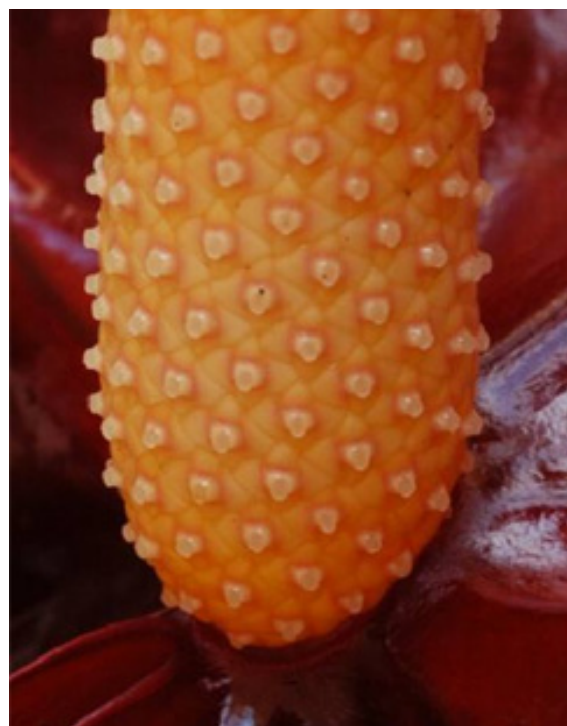


Foto: David dos Santos Júnior

**Figura 4.** Espádice de antúrio com flores femininas receptivas.



## Propagação

O antúrio pode ser propagado tanto pelo método sexuado quanto assexuado. A propagação sexuada (Figura 5) é um processo lento, demandando, geralmente, cinco anos para atingir o ápice da produção. Devido à ocorrência da protoginia, que induz à polinização cruzada, a propagação em grande escala por sementes torna-se inviável, tendo em vista que as progênies obtidas são heterogêneas. As plantas são desuniformes em vigor, tamanho e produtividade; e as inflorescências nas cores, formas e tamanhos (TOMBOLATO et al., 2004a). Entretanto, em programas de melhoramento genético, o uso da propagação sexuada é a principal forma para a obtenção de novas combinações. Os genótipos selecionados devem ser propagados vegetativamente para que as características desejadas sejam mantidas.

Foto: Cláudio de Norões Rocha



**Figura 5.** Muda de antúrio cv. Cananeia, obtida a partir da germinação de sementes, em tubete. (Barra corresponde a 2,0 cm).

A propagação assexuada é feita convencionalmente por divisão de touceiras ou por estaquia. Esses métodos apresentam como desvantagens o baixo número de mudas produzidas e a possibilidade de disseminação de pragas e doenças (TOMBOLATO et al., 2004a). Além desses dois métodos, a micropropagação, modalidade da cultura de tecidos vegetais, vem sendo utilizada, favorecendo a uniformização das plantas e das hastes florais (MATTHES; CASTRO, 1989).

## Micropropagação

Tendo em vista que um dos principais fatores limitantes para o cultivo do antúrio é a disponibilidade de mudas em quantidade e de qualidade, sua produção em laboratório, pela técnica da micropropagação, torna-se uma alternativa para atingir esse propósito.

A micropropagação vem sendo empregada comercialmente para a rápida propagação clonal e alta produção de mudas de novas variedades de antúrios (MARTIN et al., 2003), principalmente porque muitas dessas variedades são híbridos e a clonagem in vitro tem permitido a uniformização de características, tais como época de floração, coloração, tamanho e forma das flores (FUZITANI; NOMURA, 2004). Além disso, pelo método tradicional de propagação é mais reduzido o número de plantas que pode ser obtido anualmente (TOMBOLATO et al., 2004a).

A maioria dos trabalhos de pesquisa com a cultura de tecidos de antúrio tem sido desenvolvida na Holanda, Alemanha e Estados Unidos da América (LIGHTBOURN; PRASAD, 1990), sendo que o primeiro foi relatado por Pierik et al. (1974). No Brasil, o primeiro registro é o de Castro et al. (1982). Embora, atualmente, existam outros grupos conduzindo ensaios nesta área, a técnica mais empregada ainda é a desenvolvida pelo IAC, isto é, produção de mudas micropropagadas via organogênese indireta (TOMBOLATO et al., 2004a).

Na micropropagação comercial, as mudas são obtidas por organogênese indireta, isto é, a partir da indução de calos, utilizando-se como explante inicial, na maioria das vezes, folhas, com posterior regeneração de gemas adventícias (ATAK; ÇELİK, 2009). Outras fontes de explantes têm sido utilizadas, tais como pecíolo, espádice, espata, brotações e gemas axilares, e sementes, embora os melhores resultados têm sido registrados em explantes foliares. Entretanto, esse método proporciona taxas de multiplicação relativamente baixas e inconsistentes, podendo ocorrer a variação somaclonal nas mudas obtidas (BAUTISTA et al., 2008). Nhut et al. (2006) identificaram a indução de calos a partir do explante foliar como sendo a etapa mais difícil nesse processo de propagação, devido à pequena capacidade de desdiferenciação dos tecidos adultos, bem como a forte dependência do genótipo. Nhut et al (2006)

avaliaram dez cultivares de antúrio, constatando que as respostas foram diferentes tanto para indução de calos quanto para a regeneração dos brotos, em função do genótipo. Segundo George et al. (2008) a formação de calos e o desenvolvimento e a regeneração de brotos parecem estar sob forte controle genético, tendo os outros fatores um efeito menor sobre a morfogênese in vitro.

Para o constante aprimoramento da clonagem de plantas, e visando à redução da formação de calos, da regeneração de gemas adventícias e da ocorrência de variação somaclonal, vem sendo utilizado o estiolamento, como forma alternativa para a obtenção de mudas micropropagadas.

## Micropropagação por estiolamento

O estiolamento é uma técnica em que se obtém o desenvolvimento de brotos, caules ou partes destes, na ausência de luz, o que causa crescimento, geralmente alongado, e com coloração amarela ou branca, em razão da ausência de clorofila (HARTMANN; KESTER, 1990). O estiolamento retarda a lignificação e reduz as propriedades mecânicas dos tecidos, induzindo o enraizamento nas brotações estioladas (BIASI, 1996).

A micropropagação por meio de segmentos nodais estiolados in vitro foi proposta por Kiss et al. (1995), sendo desenvolvida inicialmente para o abacaxizeiro comestível (*Ananas comosus* var. *comosus*). Esse método tem a vantagem de evitar lesões na zona de regeneração, impedindo e/ou reduzindo a formação de calo e, consequentemente, proporcionando baixos níveis de variabilidade fenotípica. Embora a produção de mudas in vitro por essa técnica já tenha sido relatada para algumas culturas ornamentais, tais como abacaxi ornamental (CARVALHO et al., 2009) e orquídeas (RAMOS; CARNEIRO, 2007), não se dispunha na literatura de informações em relação aos antúrios até o desenvolvimento do protocolo, a partir de atividades de pesquisa desenvolvidas no Laboratório de Cultura de Tecidos e Genética Vegetal, da Embrapa Agroindústria Tropical, por Pinheiro et al. (2009), com a cultivar Eidibel.

## Metodologia

Os materiais vegetais utilizados para o estiolamento são explantes obtidos a partir de mudas desenvolvidas

estabelecidas in vitro (Figura 6), seccionando-se as mudas em segmentos caulinares (microestacas) com tamanho de aproximadamente 5 cm de comprimento, contendo, em média, de três a cinco nós, que devem ser totalmente desfolhados.

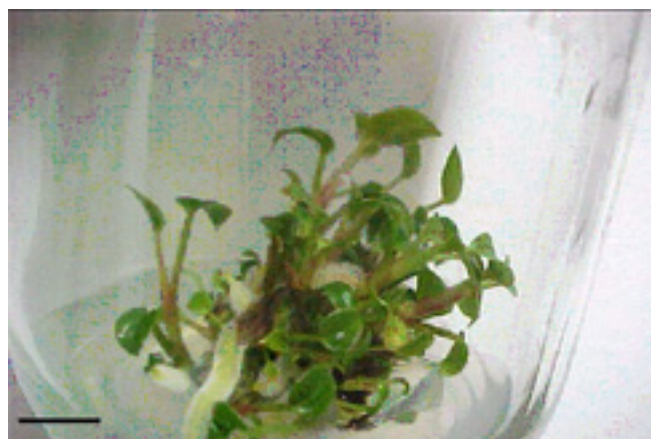


Foto: Ana Cristina P. Pinto de Carvalho

**Figura 6.** Mudanças de antúrio cv. Eidibel estabelecidas in vitro, em desenvolvimento adequado para a excisão dos explantes de segmento caulinar para indução ao estiolamento. (barra corresponde a 1,0 cm).

## Etapa 1: Indução ao estiolamento

Na etapa de indução ao estiolamento, os explantes (segmentos caulinares) devem ser inoculados, sob condições de câmara de fluxo laminar, perpendicularmente, um por tubo de ensaio (150 mm x 25 mm) contendo 10 mL do meio de cultura de P1 (PIERIK, 1976) (Tabela 1), sem a adição de reguladores de crescimento. As culturas devem ser mantidas, em sala de crescimento, com temperatura de  $25 \pm 1$  °C, permanecendo no escuro por 60 dias (Figura 7).

**Tabela 1.** Meios de cultura P1 (etapa 1: indução do estiolamento), P2 (etapa 2: regeneração de mudas) e P3 (etapa 3: alongamento e enraizamento das mudas) utilizados na produção de mudas micropropagadas de antúrio (PIERIK, 1976) modificado.

Meio de cultura	P1	P2	P3
Componente	— — — —	mg L <sup>-1</sup> — — — —	
Nitrato de amônio (NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> )	825	825	206
Nitrato de potássio (KNO <sub>3</sub> )	950	950	950
Sulfato de magnésio heptaidratado (MgSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O)	185	185	185
Fosfato monobásico de potássio (KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> )	85	85	85
Cloreto de cálcio tetraidratado (CaCl <sub>2</sub> ·4H <sub>2</sub> O)	220	220	220
Sacarose	30.000	20.000	20.000
BAP	-	0,5	-



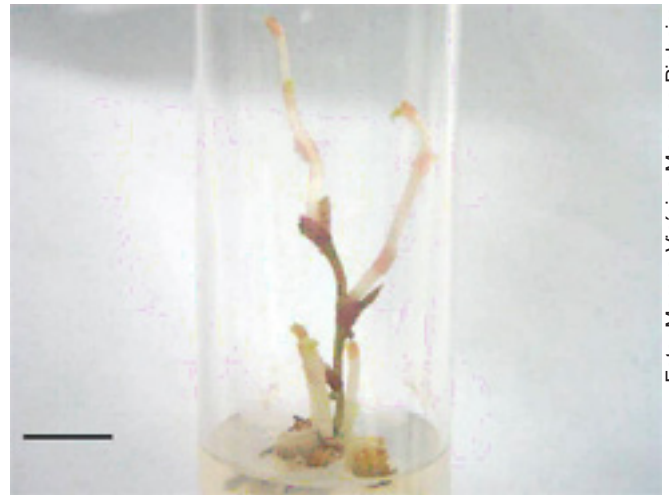
**Figura 7.** Segmento caular (microestaca) de antúrio cv. Eidibel, com tamanho de aproximadamente 5 cm, contendo, em média, de três a cinco nós, totalmente desfolhado.

Todos os meios de cultura são acrescidos dos microelementos, FeEDTA, mio-inositol e vitaminas do meio MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962), solidificados com Gelrite ( $1,8 \text{ g L}^{-1}$ ), pH corrigido para 5,8 e autoclavados a  $121^\circ\text{C}$ , durante 15 minutos.

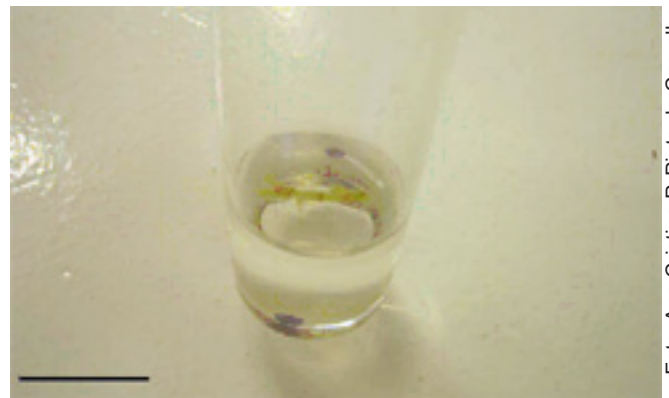
## Etapa 2: Regeneração dos brotos

Para esta fase, são utilizados como explantes brotos estiolados in vitro, após 60 dias de cultivo, obtidos ao final da Etapa 1 (Figura 8). Em câmara de fluxo laminar, os brotos estiolados são cortados em segmentos contendo apenas dois nós, sendo colocados horizontalmente (Figura 9), um por tubo de ensaio ( $150 \text{ mm} \times 25 \text{ mm}$ ) contendo 10 mL do meio de cultura de P2 (Tabela 1), suplementado com  $2,22 \mu\text{M}$  (equivalente a  $0,5 \text{ mg L}^{-1}$ ) de 6-benzilaminopurina (BAP). Nessa etapa, as culturas são mantidas em sala de crescimento com temperatura de  $25 \pm 1^\circ\text{C}$ , fotoperíodo de 16 horas e intensidade luminosa de  $30 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ .

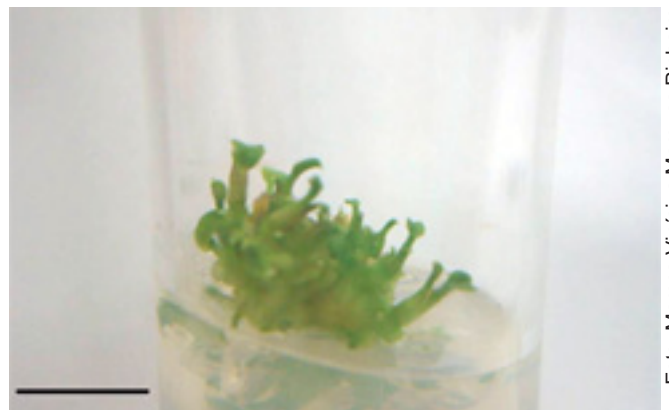
Ao final de 60 dias, os brotos produzidos por nó (Figura 10), são transferidos para o meio P3 (Tabela 1), ou seja, para a etapa de alongamento e enraizamento.



**Figura 8.** Brotos estiolados de antúrio cv. Eidibel, após 60 dias de cultivo em meio P1 (PIERIK, 1976), sob condições de escuro. (Barra corresponde a 0,5 cm).



**Figura 9.** Segmento caular, contendo dois nós, de antúrio cv. Eidibel, sendo inoculado em tubo de ensaio, horizontalmente no meio de cultura P2 (PIERIK, 1976). (Barra corresponde a 1,0 cm).



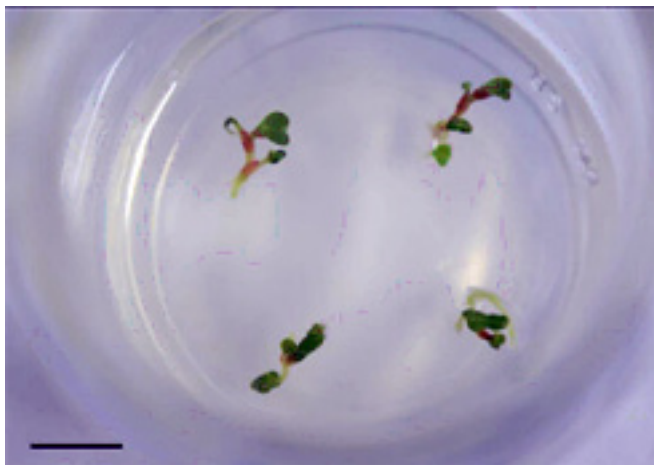
**Figura 10.** Mudras regeneradas a partir de segmento caular, contendo dois nós, de antúrio cv. Eidibel, após 60 dias, com desenvolvimento adequado para serem transferidas para o meio de alongamento e enraizamento. (Barra corresponde a 0,5 cm).



### Etapa 3: Alongamento e enraizamento dos brotos

Os brotos, contendo dois nós, devem ser transferidos para recipientes de vidro do tipo “frasco de maionese” com capacidade de 220 mL vedados com tampas plásticas, contendo 30 mL de meio de cultura P3 (Tabela 1), sem a adição de regulador de crescimento. São colocados, nessas condições, quatro brotos, permanecendo por dois meses (Figura 11). Ao final desse período, as mudas devem ser aclimatizadas.

Foto: Cláudio de Norões Rocha

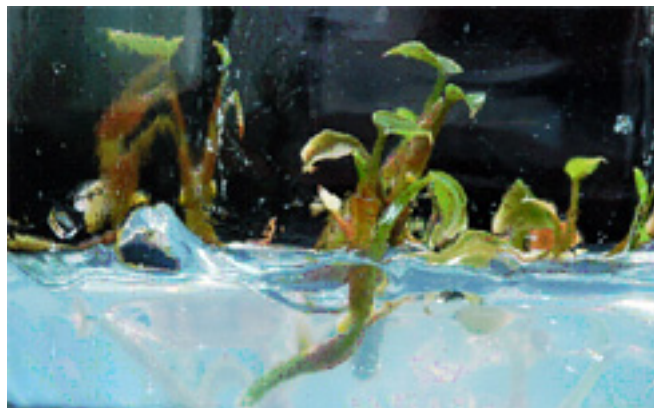


**Figura 11.** Mudanças de antúrio cv. Eidibel transferidas para meio de cultura P3 (PIERIK, 1976), para alongamento e enraizamento. (Barra corresponde a 1,0 cm).

### Etapa 4: Aclimatização da mudas

Seguindo protocolo produzido por Tombolato et al. (1998), na fase de aclimatização, as mudas micropropagadas, bem desenvolvidas, apresentando um bom sistema radicular e aproximadamente 2 cm de tamanho (Figura 12), devem ser retiradas do meio de cultura, e suas raízes devem ser lavadas em água corrente para retirar resíduos de meio de cultura.

Foto: David dos Santos Júnior



**Figura 12.** Mudanças micropropagadas de antúrio cv. Eidibel bem desenvolvidas e apresentando sistema radicular adequado para serem aclimatizadas.

Após esse procedimento, devem ser plantadas em bandejas plásticas ou de isopor, contendo substrato composto por fibra de coco curtida e umedecida com solução nutritiva. Essa solução é composta pela metade da concentração dos macronutrientes do meio de cultura MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962). Durante essa etapa, as bandejas são cobertas com plástico transparente e mantidas em sala de cultivo, sob fotoperíodo de 16 horas e temperatura de 25 °C. Após 30 ou 40 dias, as bandejas com as plantas são mantidas em temperatura ambiente, e a cobertura plástica é eliminada gradativamente, para a perfeita adaptação das mudas. Decorridos 15 dias, as plantas devem ser transferidas individualmente para recipientes contendo, como substrato, terra argilosa, areia e matéria orgânica na proporção 1:1:1 e mantidas em casa de vegetação com 70% de sombreamento (Figuras 13, 14, 15 e 16).



Foto: David dos Santos Júnior

**Figura 13.** Mudanças micropropagadas de antúrio cv. Eidibel plantadas em bandejas plásticas, aproximadamente aos 30 dias de aclimatização.



Foto: David dos Santos Júnior

**Figura 14.** Mudanças micropropagadas de antúrio cv. Eidibel plantadas em bandejas plásticas, aproximadamente aos 60 dias de aclimatização.

Foto: David dos Santos Júnior



**Figura 15.** Mudanças micropropagadas de antúrio cv. Eidibel plantadas em sacos plásticos, com aproximadamente 90 dias de aclimatização.

Foto: David dos Santos Júnior



**Figura 16.** Em destaque, muda micropropagada de antúrio cv. Eidibel plantada em sacos plásticos, com aproximadamente 90 dias de aclimatização.

## Agradecimentos

Os autores agradecem ao Instituto Agrônômico (IAC) por cederem as mudas in vitro para a realização deste trabalho e à Embrapa Agroindústria Tropical pela concessão das bolsas e pelo auxílio à pesquisa.

## Referências

- ANTÚRIO. Globo Rural, Edição 279. Editora Globo S.A. (2009). Disponível em: [http://revistagloborural.globo.com/EditoraGlobo/componentes/article/edg\\_article\\_print/1,3916,1694149-4529-1,00.html](http://revistagloborural.globo.com/EditoraGlobo/componentes/article/edg_article_print/1,3916,1694149-4529-1,00.html). Acesso em: 18 out. 2011.
- ATAK, Ç.; ÇELİK, Ö. Micropropagation of *Anthurium andraeanum* from leaf explants. **Pakistan Journal of Botany**, Karachi, v. 43, n. 3, p. 1155-1161, 2009.
- BAUTISTA, N. R. del; PEÑALVER, D. A.; RODRÍGUEZ, R. B.; CHIU, W. C.; LÓPEZ, R. C.; TERRY, F. J.; PERALTA, M. P.; MARTÍNEZ, O. G. Embriogénesis somática en (*Anthurium andraeanum* Lind.) variedad 'Lambada'. **Ra Ximhai**, México, v. 4, n. 1, p. 135-149, 2008.
- BIASI, L. A. Emprego do estiolamento na propagação de plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 26, n. 2, p. 309-314, 1996.
- CARVALHO, A. C. P. P. de; PINHEIRO, M. V. M.; DIAS, G. de M. G.; MORAIS, J. P. S. Multiplicação in vitro de abacaxi ornamental por estiolamento e regeneração de brotações. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 1, p. 103-108, 2009.
- CASTRO, C. E. F.; FONSECA, M. S.; SONDAHL, M. R.; MAYTHES, L. A. F. Propagação vegetativa do antúrio in vitro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FLORICULTURA E PLANTAS ORNAMENTAIS, 3., 1982, Salvador, **Anais...** Campinas: Instituto de Botânica, 1986. p. 13-25.
- CASTRO, A. C. R.; RESENDE, L. V.; GUIMARÃES, W. N. R.; LOGES, V. Uso de técnicas moleculares em estudo de diversidade genética em antúrio. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 10, n. 1/2, p. 6-9, 2004.
- FUZITANI, E. J.; NOMURA, E. S. Produção de mudas in vitro. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 10, n. 1/2, p. 14-17, 2004.
- GANTAIT, S.; MANDAL, N. Tissue culture of *Anthurium andraeanum*: a significant review and future prospective. **International Journal of Botany**, Pakistan, v. 6, n. 3, p. 207-219, 2010.
- GEORGE, E. F.; HALL, M. A.; KLERK, G. D. **Plant propagation by tissue culture**. Dordrecht: Springer, 2008. 501 p.
- HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E. **Propagación de plantas: principios y prácticas**. México: Continental, 1990. 760 p.
- JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. da S. Cultivares de *Anthurium* en el mercado brasileño. **Horticultura Internacional**, p. 38-41, 2008.
- KISS, E.; KISS, J.; GYULAI, G.; HESZKY, L. E. A novel method for rapid micropropagation of pineapple. **HortScience**, Alexandria, v. 30, n. 1, p. 127-129, 1995.
- LEME, J. M. **Resfriamento e conservação de antúrio 'IAC Eidibel'**. 2004. 119 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) – Departamento de Engenharia Agrícola, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2004.
- LIGHTBOURN, G. J.; PRASAD, P. V. D. In vitro techniques for rapid multiplication of four varieties of *Anthurium andraeanum*.



**Proceedings of the Interamerican Society for Tropical Horticulture**, Kingston, v. 34, p. 3-5, 1990.

MARTIN, K. P.; DOMINIC, J.; MADASSERY, J.; PHILIP, V. J. Direct shoot regeneration from lamina explants of two commercial cut flower cultivars of *Anthurium andraeanum*. **In Vitro Cellular Developmental Biology – Plant**, Ohio, v. 39, p. 500-504, 2003.

MATTHES, L. A. F.; CASTRO, C. E. F. **O cultivo de antúrio: produção comercial**. Campinas: Instituto Agrônomo, 1989. 22 p. (Boletim Técnico, 126).

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bio assays with tobacco tissue cultures. **Physiologia Plantarum**, Oxford, v. 15, p. 473-497, 1962.

NHUT, D. T.; NGUYEN, D.; VY, N. N. H.; KHUE, C. D.; KHIEM, D. V.; VINH, D. N. Impact of *Anthurium* spp. genotype on callus induction derived from leaf explants, and shoot and root regeneration capacity from callus. **Journal of Applied Horticulture**, Lucknow, v. 8, p. 135-137, 2006..

PIERIK, R. L. M. *Anthurium andraeanum* Lindl. plantlets produced from callus tissues cultivated *in vitro*. **Physiologia Plantarum**, Oxford, v. 37, p. 80-82, 1976.

PIERIK, R. L. M.; STEEGMANS, H. H. M.; VAN DER MEYS, J. A. J. Plantlet formation in callus tissues of *Anthurium andraeanum* Lindl. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 2, p. 193-198, 1974.

PINHEIRO, M. V. M.; DIAS, G. de M. G.; CARVALHO, A. C. P. P. de; BARROS, L. de M. Micropropagação de antúrio 'IAC Eidibel' por

meio da indução ao estiolamento e regeneração de plantas. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 15, n. 2, p. 133-142, 2009.

RAMOS, T. V.; CARNEIRO, I. F. Multiplicação *in vitro* de *Cattleya x mesquitate* pelo método de estiolamento de segmentos caulinares. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 1, p. 10-15, 2007.

TOMBOLATO, A. F. C.; CASTRO, A. C. R. de. Araceae. In: TERAPO, D.; CARVALHO, A. C. P. P. de; BARROSO, T. C. da S. F. (Ed.). **Flores tropicais**. Brasília, DF: Embrapa Agroindústria Tropical, 2005. p. 42-57.

TOMBOLATO, A. F. C.; FURLANI, P. R.; CASTRO, C. E. F.; MATHES, L. A. F.; TAGLIACCOZZO, G. M. D.; SAES, L. A.; RIVAS, E. B.; COUTINHO, L. N.; BERGAMANN, E. C.; LEME, J. M. Antúrio: *Anthurium andraeanum* Lindl. In: TOMBOLATO, A. F. C. (Ed.). **Cultivo comercial de plantas ornamentais**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2004a. p. 61-94.

TOMBOLATO, A. F. C.; MATTHES, L. A. F.; UZZO, R. P.; CASTRO, A. C.; SAKAI, M.; SAES, L. A. Recursos genéticos e melhoramento do antúrio (*Anthurium andraeanum* Linden) no IAC-APTA. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 10, n. 1/2, p. 1-5, 2004b.

TOMBOLATO, A. F. C.; QUIRINO, E. A.; COSTA, A. M. M. Antúrio (*Anthurium andraeanum* Lindl.). In: TOMBOLATO, A. F. C.; COSTA, A. M. M. **Micropropagação de plantas ornamentais**. Campinas: Instituto Agrônomo, 1998. p. 18-21. (Instituto Agrônomo. Boletim Técnico, 174).

#### Circular Técnica, 36

Ministério da  
Agricultura, Pecuária  
e Abastecimento



Exemplares desta edição podem ser adquiridos na:  
**Embrapa Agroindústria Tropical**  
**Endereço:** Rua Dra. Sara Mesquita, 2270, Pici  
**Fone:** (0xx85) 3391-7100  
**Fax:** (0xx85) 3391-7109 / 3391-7195  
**E-mail:** negocios@cnpat.embrapa.br

1ª edição (2011): on-line

#### Comitê de Publicações

**Presidente:** Antonio Teixeira Cavalcanti Júnior  
**Secretário-Executivo:** Marcos Antonio Nakayama

**Membros:** Diva Correia, Marlon Vagner Valentim Martins, Arthur Cláudio Rodrigues de Souza, Ana Cristina Portugal Pinto de Carvalho, Adriano Lincoln Albuquerque Mattos e Carlos Farley Herbster Moura

#### Expediente

**Revisão de texto:** Marcos Antonio Nakayama  
**Editoração eletrônica:** Arilo Nobre de Oliveira  
**Normalização bibliográfica:** Rita de Cassia Costa Cid.